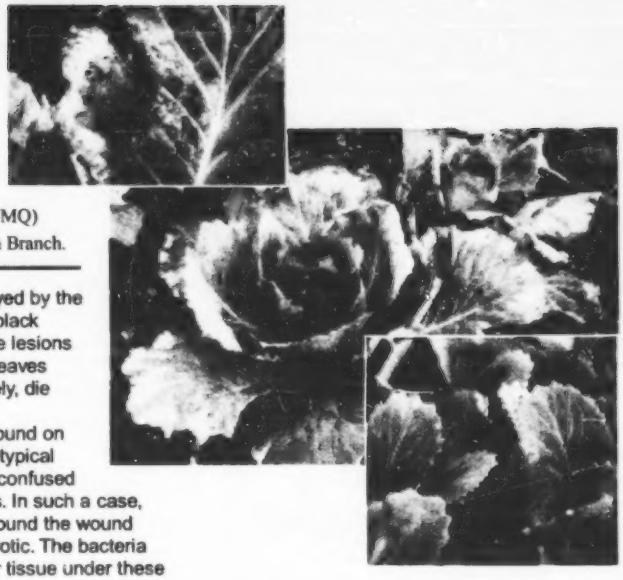
Agriculture and Agri-Food Canada
Agriculture et Agroalimentaire Canada
Research Branch
Direction générale de la recherche

CRDH Horticulture
Saint-Jean-sur-Richelieu

# PREVENTING BLACK ROT



**Odile Carisse, Ph.D. plant pathologist, Élisabeth Wellman-Desbiens, M.Sc., Vicky Toussaint, M. Sc. and Thérèse Otis, agronomist.**

Prepared in collaboration with the Association des Jardiniers Maraîchers du Québec (AJMQ) under the Agri-Food R&D Matching Investment Initiative administered by the Research Branch.

In 1997, crucifer harvests in Quebec and Ontario accounted for 49% and 29% respectively of total Canadian production. Unfortunately, like most other market garden crops, cruciferous vegetables are subject to various diseases, the most important being clubroot and black rot. Considerable yield losses may occur if climatic conditions are favourable for black rot. When the disease develops early in the season, the infected plants are often unmarketable and highly susceptible in the field or during storage to soft rots caused by other pathogens. However, if the infection is light or occurs late in the season, the infected leaves can simply be trimmed at harvest. In such a situation, there is no loss in yield. Outbreaks of black rot occur sporadically and disease severity depends on weather conditions, with hot, rainy weather being conducive to disease development.

## THE DISEASE

Black rot is caused by the bacterium *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* (Pammel) Dowson. It is considered one of the most destructive diseases of cruciferous crops worldwide. Cabbage, cauliflower, broccoli, Brussels sprouts, rutabaga, Chinese cabbage, turnip, radish, kale, kohlrabi, mustard and canola are all affected. Cabbage, kale and cauliflower are the most susceptible vegetables.

### Disease symptoms

Familiarity with the symptoms of black rot aids in detecting the infection on young plants. Detection is difficult at that growth stage, however, because the disease symptoms may be present on only a small proportion of infected plants. On young plants, blackening occurs along the margins of the cotyledons, which subsequently turn yellow and dry out.

When rapidly growing plants become infected, the disease first appears as diffuse spots between secondary veins along the leaf margins. Later, because the plant is not getting enough water, chlorosis occurs and characteristic yellow, V- or U-shaped lesions appear along leaf margins (Photos 1 and 2). If the weather is dry, these lesions will dry out and the symptoms will not develop further. By contrast, when the weather is rainy or hot and humid, the bacteria will multiply and progressively invade the veins, petioles and stems. Blackening of the leaf veins is a sign that they have been destroyed by the colonizing bacteria. These black areas become visible as the lesions enlarge. Severely infected leaves eventually dry out completely, die and drop off.

Infection through a wound on the leaf surface produces atypical symptoms which are often confused with several other disorders. In such a case, there is a yellowish halo around the wound which eventually turns necrotic. The bacteria rarely colonize the vascular tissue under these circumstances.

In extreme cases, soft rots caused by secondary parasites such as *Erwinia carotovora* or *Pseudomonas marginalis* may be observed. Opportunistic fungi may also be present and may mask the symptoms of black rot.

### Progression of the infection

The bacteria that cause black rot usually spread from leaf edges to their interior. They enter the plants primarily through the hydathodes located at the ends of veins along the leaf margin which permit guttation. Plants transpire under conditions of high humidity and during morning dew, when many droplets are exuded along leaf margins (Photo 3). Black rot bacteria that are present in those drops of water can enter the leaves when the transpiration rate rises and stomata open up on the upper and lower leaf surfaces. Other sites of entry include wounds caused by high winds, hail, insects, tillage and so on. Root injuries also offer an entry point when the soil is saturated with water.

Within the plant's vascular tissue, *X. campestris* pv. *campestris* begins to multiply and produce a mucilaginous, extracellular polysaccharide called xanthan. As this yellow compound accumulates and the bacteria keep multiplying, the xylem tissue becomes plugged, impeding the normal flow of water and nutrients. That is when the above-described symptoms and blackening of veins may become noticeable.

### Conditions favourable for infection

Temperatures between 25 and 28°C, high humidity and rainy conditions are conducive to the development of black rot. Under these optimal conditions, disease symptoms may appear eight to ten days following infection. The bacterium can also enter plants and begin multiplying at temperatures between 16 and 18°C. However, at these lower temperatures, there are no symptoms and the disease progresses slowly.

### Spread of *X. campestris* pv. *campestris* in the field

An experiment conducted at the HRDC in collaboration with the AJMQ showed that the presence of black rot-infested cabbages can affect the development and spread of the disease in the field. In this research, two types of dispersion were identified: *dispersion on a given plant* , which augments the severity of the disease; and *dispersion between plants*, which increases the risk of losses at harvest.

The initial dissemination of the bacterium on a single cabbage is aided primarily by drops of contaminated water. Dispersal of the bacterium over greater distances is attributable to the combined effects of flow of contaminated water droplets, splashing rainfall and windy conditions during hot weather. The extent of dispersal varies with the intensity of rainfall and prevailing winds. Based on the study findings, the causal pathogen of black rot can travel a distance of almost eight metres during major storms. However, in the absence of rain, the disease cannot spread and the symptoms remain stable.

From the HRDC experiment, it can be concluded that the magnitude of economic losses depends on rainfall frequency during periods of hot weather. Heavy rainfall causes the infection to spread to more foliage, augmenting disease severity. Hence, if some plants are already infected with black rot and the period from late June through July happens to be rainy, there is a high risk of yield losses.

Canada

## CONTAMINATION SOURCES AND PREVENTION

There are many contamination sources and dispersal agents for this bacterial disease. Wind, rainfall, sprinkler irrigation, insects, agricultural machinery and workers are key factors in the spread of phytopathogenic bacteria like *X. campestris* pv. *campestris*. It is important to be familiar with these factors in order to make informed decisions about the best control measures for greenhouse- and field-grown crops.

Since very few products are available for controlling or minimizing the effect of the bacterial pathogens, prevention remains the best approach. This involves using a combination of production practices to reduce contamination sources rather than relying on pest control chemicals.

### Seed treatment

Infested seed is the main contamination source for black rot. As few as three to five infected seeds in 10,000 can cause a high incidence of black rot in fields. In many seed-producing countries such as the United States, Japan and various European nations, the disease is always present to some extent. Consequently, it is important to make sure that the prevalence of black rot is not greater than 1 seed in 30,000 in any seedlots purchased. However, since *X. campestris* pv. *campestris* can live both in and on seeds and since quality control of crucifer seeds is a difficult task, it is a good idea to treat all seeds.

Treating seeds with hot water is strongly recommended as a means of eliminating the bacteria (seed of cabbage, broccoli and Brussel sprouts should be treated at 50°C for 25 minutes, and seed of cauliflower, turnip, rutabaga and kale for 15 minutes). Hot-water treatment is not well accepted by the industry, because it reduces seed viability and does not eradicate the bacterium. Nonetheless, the reduced field infection level that can be achieved by this method outweighs the losses in terms of damaged seeds (which often harbour the bacterium anyway).

**Warning:** Although treating seeds with streptomycin is an approved practice in Canada, this treatment can be toxic to certain crucifer cultivars. For recommendations on this topic, please consult an agronomist with your provincial agriculture department.

### Production of transplants

The potential presence of *X. campestris* pv. *campestris* on greenhouse-grown seedlings must not be overlooked. Bacteria present on the surface of cotyledons may cause problems during the growing period, because they can be spread from plant to plant by irrigation booms. Water sprayed on the foliage may cause the formation of aerosols and micro-droplets which can transport the bacteria over short distances, either within a given plant or from plant to plant.

In the greenhouse, it is difficult or even impossible to identify black rot symptoms, because the temperatures maintained for quality transplant production are often too low for symptom expression. Although the plant leaves may look healthy, they may have been colonized by the bacteria, which can persist for quite some time in a latent state. If the environmental conditions after transplanting are conducive to disease development, there will be a sudden explosion of symptoms in the field: the greater the number of pockets of contamination, the faster the infection will spread.

### Disease management in fields

***Roguing of infected plants*** Early scouting for infected plants in the greenhouse and field and removal of affected foliage can assist in reducing black rot damage. Do not leave piles of potentially infected crucifer debris near production fields because the disease could be spread by rainfall, insects and human activity. (See *Crop residues* below)

***Transplanting*** After being transplanted to the field, infested plants may infect nearby plants over varying distances depending on the effect of wind, rainfall, sprinkler irrigation, insects, agricultural machinery and workers. Rain splashing on cabbage leaves undergoing guttation has been shown to be an excellent means of dispersal for the causal pathogen.

***Crop rotation*** In order to eliminate bacteria that have survived in crop residues, crop rotation should be performed every three years by alternating between cruciferous crops and unrelated plant species. Solanaceous plants (tomatoes, peppers, potatoes) and curcubits (cucumbers, melons) are not susceptible to black rot.

***Crop residues*** Experiments conducted in Georgia (U.S.A.) and in the Moscow area have shown that *X. campestris* pv. *campestris* can survive within cabbage residues for about two years in soil covered with these residues. According to the same studies, the bacteria can also persist freely in the soil for 40 to 60 days. Another study, undertaken in the State of Washington, revealed that the bacterium can be detected in diseased cabbage residues until they are thoroughly decomposed.

To gain insight into the survival of *X. campestris* pv. *campestris* under winter conditions in Quebec, an HRDC experiment was undertaken in the Montérégie region, with joint funding from the Association des Jardiniers Maraîchers du Québec (AJMQ). The results showed that the pathogen's ability to survive through the winter increased in the presence of slightly decomposed cabbage debris. Surviving populations could therefore cause a massive infection when the next cabbage crop is cultivated.

Cabbage residues present in fields during the fall, either on or in the soil, seldom decay completely by the end of winter. To speed decomposition and thus reduce the inoculum source, this plant debris should be shredded before it is incorporated into the soil after harvest. Adding nitrogen and compost can help to accelerate the process.

***Elimination of secondary hosts*** Weeds represent an important source of contamination, particularly cruciferous weeds growing in production fields and along their margins. Tillage and herbicide treatment shortly after transplanting can help to reduce weed germination during the summer.

These secondary hosts provide a physical support for the bacterium, allowing it to multiply and create a major source of inoculum. Although weeds sometimes exhibit the characteristic symptoms of black rot, they generally remain asymptomatic. Rainfall combined with high winds helps to spread the bacteria to other plants, some of which may be susceptible to the disease. Experiments carried out in Georgia and California indicate that *X. campestris* pv. *campestris* can spread from a weed plant to a cabbage more than 12 metres away and can infect it, provided conditions are favourable for disease development. If there is a high incidence of black rot in a cabbage field under production, the proportion of diseased weeds in the surrounding area will be higher. In such a case, the estimated maximum distance of dispersal may exceed 12 metres.

Here are a few examples of cruciferous weeds that can serve as hosts for *X. campestris* pv. *campestris*: bird rape (*Brassica campestris*), black mustard (*Brassica nigra*), wild mustard (*Sinapsis arvensis*), shepherd's-purse (*Capsella bursa-pastoris*), pepperweed (*Lepidium* spp.) and wild radish (*Raphanus Raphanistrum*). Special attention should be devoted to eradicating these weed species.

***Irrigation and drainage*** Sprinkler irrigation, which simulates the action of rainfall, should be used in moderation in black rot-infested fields because the bacterium can be spread by splashing water. A well-drained field with good air circulation is preferable to fields where water can collect and provide an environment conducive to disease development.

***Insect control*** To minimize insect feeding injuries, which provide entry for bacteria, it is important to control cabbage maggot, cutworms and lepidopterous larvae, in keeping with recommendations provided by the provincial department of agriculture.

### Sanitation practices

To reduce the risk of contamination, producers should use clean greenhouse equipment, agricultural machinery and irrigation booms, and flats which have previously been disinfected with bleach. Operations should not be carried out when the plants are wet with dew or rain. Growers should avoid taking agricultural machinery into a clean field section after operating in an infected area. Furthermore, after working in an infested field, all workers should wash their hands and disinfect their boots and work clothes.

#### Resistant and tolerant varieties

Only two varieties of cabbage are considered to be resistant to black rot—'Early Fuji'

developed in Japan and 'Badger Inbreds' created in the United States. The cabbage varieties used in Quebec show variable levels of resistance to the disease, but some appear to be more sensitive than others.

A study conducted at the HRDC compared several of the currently employed cabbage and cauliflower varieties in terms of their sensitivity to bacterial infection. Four cabbage cultivars were found to exhibit considerable tolerance to black rot, namely 'Tenacity,' 'Pacifica,' 'Izalco' and 'Tristar.' Although the 'Albion' cultivar displayed good tolerance during the season, it was highly sensitive to soft rots at harvest. Only one cauliflower cultivar, 'White Rock,' exhibited tolerance to black rot. See Table 1.

## IN SUMMARY

Despite all the intensive research on black rot, the disease occurs or remains latent year after year. Proper use of treatment methods calls for in-depth knowledge of the main sources of contamination (Figure 2), which are summarized below:

- Crucifer seedlots infected by black rot below the detection level.
- Greenhouse production of transplants infected by *X. campestris* pv. *campestris*. Despite the seedlings' healthy appearance, the bacterium may often be present in a latent state on the surface of young leaves.
- After the seedlings are transplanted to the field, black rot symptoms will develop if environmental conditions are favourable.
- The presence of decomposing cabbage residues and weeds in fields can cause a secondary infection.
- The causal pathogen may be spread by rainfall, insects, agricultural machinery, humans, sprinkler irrigation; nearby cabbages may also become infected by bacteria that gain entry via hydathodes, stomata and wounds.
- Infection may be spread to other parts of a contaminated plant by drops of water.
- Infection by secondary parasites during storage.

### Interesting Web sites :

http://axp.ipm.ucdavis.edu/PMG/r108100211.htm

http://ohioline.ag.ohio-state.edu/hyg-fact/3000/3125.htm

http://www.elders.com.au/Elders/merch/hortic/hrdc/vg/vg204.htm

http://www.orst.edu/dept/botany/epp/guide/C/cabaurot.htm

http://www.acesag.auburn.edu/department/ipm/blackrot.htm

## REFERENCES


Alvarez, A.M., J.J. Cho and T.M. Hori. 1987. Black rot of cabbage in Hawaii. Hawaii Agricultural Experiment Station Research Series 051-08.87. 20 p.

Dzhalilov, F.S. and R.D. Tiwari. 1995. Soil and cabbage plant debris as infection sources of black rot. Arch. Phytopath. Pflanz. 29: 383-386.

Kocks, C.G. and J.C. Zadoks. 1996. Cabbage refuse piles as sources of inoculum for black rot epidemics. Plant Disease. 80: 789-792.

Lacroix, M. 1998. Distinction entre la nervation noire et la tache bactérienne des crucifères. Fiche sur les problèmes phytosanitaires (feuillet # 98-2). Gouvernement du Québec, Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation, Direction générale des affaires régionales.

Rat, B. and J.-F. Chauveau. 1985. La nervation noire des crucifères. Phytoma. Juillet-août 1985 : 41-42.

Schaad, N.W. and J.C. Dianese. 1981. Cruciferous weeds as sources of inoculum of *Xanthomonas campestris* in black rot of crucifers. Phytopathology. 71: 1215-1220.

Schaad, N.W. and W.C. White. 1974. Survival of *Xanthomonas campestris* in soil. Phytopathology. 64: 1518-1520.

Schaad, N.W., W.R. Sitterly and H. Humaydan. 1980. Relationship of incidence of seedborne *Xanthomonas campestris* to black rot of crucifers. Plant Disease. 64: 91-92.

Schultz, T. and R.L. Gabrielson. 1986. *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* in Western Washington crucifer seed fields: occurence and survival. Phytopathology. 76: 1306-1309.

Williams, P.H. 1980. Black rot: A continuing threat to world crucifers. Plant Disease. 64 (8): 736-742.

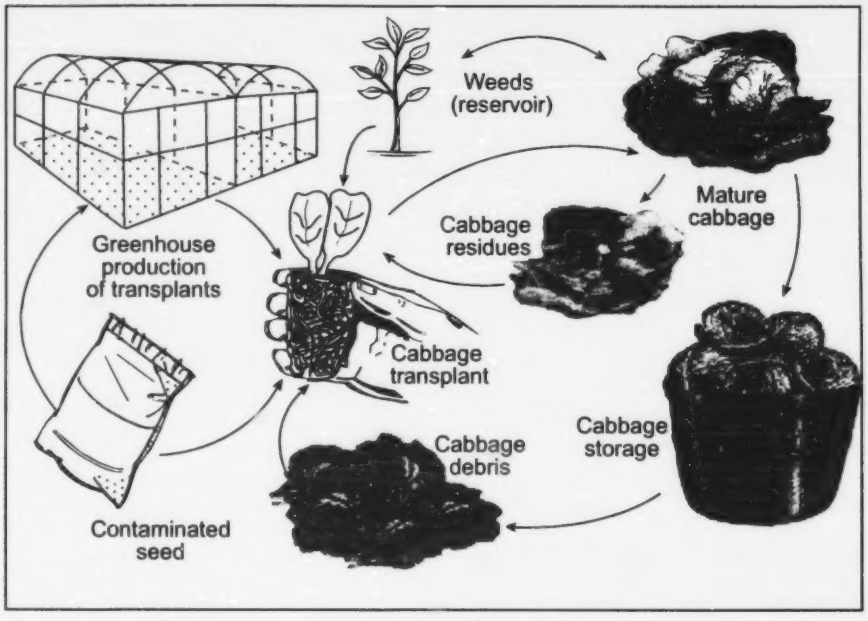




Figure 2. Schematic diagram illustrating the pathogen's survival.

Table 1. Sensitivity of different cabbage and cauliflower cultivars to black rot

| Susceptible |
|---|
| Danish Ball (CF) |
| Lennox |
| Storage 4 |
| Rocket F1 |
| Incline (CF) |
| Amtrack |
| Tristar |
| Yukon (CF) |
| Andes (CF) |
| Hilton |
| Quisto |


**ACKNOWLEDGMENTS**

We wish to thank the Association des jardiniers maraîchers du Québec, and Alain Gravel, Georges Simioni and Réjean and Gilles Boulé for their contributions and collaboration on this project.


**MAIL ORDERS**

This fact sheet can be obtained free of charge from the following address:

Publications
Horticultural Research and Development Centre
430 boul. Gouin
St. Jean sur Richelieu, Quebec
CANADA J3B 3E6

Agriculture et Agroalimentaire Canada
Agriculture and Agri-Food Canada
Direction générale de la recherche
Research Branch

CRDH Horticulture
Saint-Jean-sur-Richelieu

# NERVATION NOIRE... COMMENT LA PRÉVENIR?

**Odile Carisse, Ph. D. phytopathologiste, Élisabeth Wellman-Desbiens, M. Sc., Vicky Toussaint, M. Sc. et Thérèse Otis, agronome.**

En collaboration avec l'Association des Jardiniers Maraîchers du Québec (AJMQ) dans le cadre du Programme de partage des frais d'investissement en R&D de la Direction générale de la recherche.

En 1997, la culture des crucifères représentait respectivement, au Québec et en Ontario, 49 et 29% de la production canadienne. Malheureusement, comme la majorité des autres cultures maraîchères, les crucifères sont sujettes à différentes maladies. Les deux principales sont la hernie et la nervation noire. Sous des conditions climatiques propices, la nervation noire peut être la cause de pertes importantes. Lorsque la maladie se développe tôt dans la saison, les plants infectés sont souvent invendables et très sensibles aux pourritures molles causées par d'autres agents pathogènes soit en champ ou en entrepôt. Par contre, lors d'infection légère ou tardive, il est possible d'enlever les feuilles infectées au moment de la récolte. Dans cette situation, aucune perte de rendement n'est observée. Les épidémies de nervation noire sont sporadiques et la gravité des infections est liée aux conditions météorologiques; un temps chaud et pluvieux favorise le développement de la maladie.

## LA MALADIE

La nervation noire est causée par la bactérie *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* (Pammel) Dowson. Cette maladie, de distribution universelle, est considérée comme une des plus destructives des crucifères. Les choux, choux-fleurs, brocolis, choux de Bruxelles, rutabagas, choux chinois, navets, radis, choux frisés, choux-raves, la moutarde et le canola sont affectés par la nervation noire. Cependant, le chou, le chou frisé et le chou-fleur sont les plus sensibles à la maladie.

### Symptômes

Une bonne connaissance des symptômes de la nervation noire aide à détecter l'infection sur les jeunes plantules. Cependant, il est difficile de voir la maladie à ce stade puisque les symptômes peuvent n'être présents que sur une faible proportion de plantules infectées. On les reconnaît par la présence d'un noircissement à la marge des cotylédons suivi de leur jaunissement et de leur dessèchement.

Sur des plants en pleine croissance, les premiers symptômes visibles se traduisent par l'apparition, en bordure des feuilles, de taches d'apparence graisseuse délimitées par les nervures secondaires. Par la suite, le manque d'eau induit le développement d'une chlorose et l'apparition de lésions de couleur jaunâtre très caractéristiques en forme de V ou de U à l'extrémité des feuilles (Photos 1 et 2). Si le temps est sec, ces lésions s'assèchent et la progression des symptômes est arrêtée. Inversement, si le temps est humide ou pluvieux, et chaud, la bactérie se multipliera et poursuivra sa conquête des nervures, des pétioles et finalement, des tiges. Le noircissement des nervures, d'où le nom " nervation noire ", résulte de leur destruction par la colonisation bactérienne. Ce noircissement est observable lorsque les lésions prennent de l'expansion. Éventuellement, les feuilles gravement infectées se dessèchent entièrement et tombent.

L'infection par une blessure à la surface d'une feuille provoque la création de symptômes atypiques souvent confondus avec plusieurs autres désordres. Un simple halo de couleur jaune entoure alors l'abrasion et dégénère par la formation de plages nécrotiques. Cette situation entraîne rarement la colonisation des vaisseaux de la plante.

Dans des cas extrêmes, il est possible d'observer des pourritures molles causées par des parasites secondaires comme *Erwinia carotovora* ou *Pseudomonas marginalis*. De plus, la présence de champignons opportunistes peut masquer les symptômes.

### Progression de l'infection

La bactérie responsable de la nervation noire progresse habituellement de la marge des feuilles vers l'intérieur de ces dernières. Les portes d'entrée par excellence de la bactérie sont les hydathodes à l'aboutissement des nervures en marge des feuilles qui permettent la guttation. La plante transpire sous des conditions d'humidité très élevée et au moment de la rosée matinale, de multiples gouttelettes suintent en marge des feuilles (Photo 3). Les bactéries incorporées dans ces gouttes pénètrent dans les feuilles lorsque la transpiration de la plante s'accélère et lorsque les stomates, sur les faces inférieure et supérieure des feuilles, s'ouvrent. De plus, les bactéries peuvent pénétrer par les blessures causées par des vents violents, la grêle, les insectes, le sarclage, etc. L'infection via des blessures racinaires est aussi possible lorsque le sol est saturé en eau.

À l'intérieur des vaisseaux de la plante, *X. campestris* pv. *campestris* se multiplie et produit un polysaccharide extracellulaire, le xanthane. La production de ce composé de couleur jaune, épais et mucoïde, en combinaison avec les amas de bactéries, obstrue partiellement les vaisseaux des plantes, ce qui a comme conséquence de restreindre le flot de l'eau et des éléments nutritifs. Les symptômes et le noircissement des nervures décrits dans la section précédente font alors leur apparition.

### Conditions favorables à l'infection

Une température se situant entre 25 et 28°C, un niveau d'humidité élevé et des conditions pluvieuses favorisent le développement de la nervation noire. Dans ces conditions idéales, les symptômes font leur apparition entre huit et dix jours après l'infection. Par ailleurs, la pénétration et l'évolution de la bactérie sont également possibles à des températures se situant entre 16 et 18°C. Cependant, à ces températures, les symptômes de la maladie sont absents et se développent plus lentement.

### Dispersion au champ de *X. campestris* pv. *campestris*

Une expérience effectuée au CRDH en collaboration avec l'AJMQ a permis de déterminer l'influence de la présence d'un foyer de choux infectés par la nervation noire sur la propagation et le développement de la maladie en champ. Au cours de cette étude, deux types de dispersion ont été mis en évidence : une *dispersion sur un même plant* qui contribue à l'augmentation du niveau de sévérité de la maladie; et une *dispersion entre les plants* qui fait augmenter les risques de pertes à la récolte.

Sur un plant de chou, la bactérie se propage principalement par ruissellement des gouttelettes d'eau contaminée. Sur une plus grande distance, c'est la combinaison des gouttelettes d'eau contaminée, des pluies et des vents en périodes chaudes qui provoque la dispersion de la bactérie.

Canada

Cette dispersion varie en fonction de l'intensité des pluies et des vents dominants. Si les orages sont importants, les observations révèlent que la bactérie peut voyager sur une distance de près de huit mètres. Cependant, en absence de pluie, la dispersion et la progression des symptômes restent stables.

Cette expérience nous permet de conclure que les pertes économiques dépendent de la fréquence des pluies lors des périodes chaudes. De nouvelles feuilles sont alors infectées à cause des pluies abondantes, ce qui entraîne une augmentation de la sévérité de la maladie. Dans cette optique, si des plants sont infectés par la nervation noire et que la période couvrant la fin juin et le mois de juillet est pluvieuse, les risques de pertes associées à la nervation noire sont grands.

## SOURCES DE CONTAMINATION ET PRÉVENTION

Les sources de contamination et les agents de dispersion de cette maladie bactérienne sont multiples; le vent, les pluies, l'irrigation par aspersion, les insectes, la machinerie agricole et les humains sont autant de facteurs qui assurent la propagation des bactéries phytopathogènes comme *X. campestris* pv. *campestris*. Il est donc utile de les connaître pour être en mesure de faire un choix éclairé quant aux mesures à prendre pour limiter les dégâts en serres et aux champs.

Comme il n'existe que très peu de produits pour traiter ou pour minimiser les effets de l'agent responsable de la nervation noire, la prévention demeure encore la meilleure arme. Elle est basée sur la combinaison de différentes pratiques de production pour diminuer les sources de contamination plutôt que sur l'emploi de produits anti-parasitaires.

**Traitement des semences**
Les semences infectées sont la principale source de contamination de la nervation noire. La présence de trois à cinq graines infectées sur 10 000 suffit pour causer une incidence élevée de la maladie en champ. La maladie est toujours présente à un degré plus ou moins élevé dans plusieurs pays producteurs de semences comme les États-Unis, le Japon et différentes régions de l'Europe. Il importe donc de s'assurer que l'incidence de la nervation noire n'excède pas une graine sur 30 000 dans les lots de semences qu'on achète. Toutefois, comme *X. campestris* pv. *campestris* peut se loger aussi bien à l'intérieur qu'à l'extérieur des semences et que le contrôle sur la qualité des semences de crucifères est difficile à exercer, il serait prudent de les traiter.

Pour éliminer la bactérie, le traitement des semences à l'eau chaude est fortement recommandé (50°C pendant 25 minutes pour les semences de choux, de brocolis et de choux de Bruxelles et 15 minutes pour les semences de choux-fleurs, navets, rutabagas et choux frisés). Toutefois, ce traitement n'est pas très bien accepté par l'industrie puisqu'il réduit la viabilité des semences et n'élimine pas complètement les bactéries. Par contre, la réduction des infections en champ justifie les pertes associées aux semences endommagées qui d'ailleurs sont souvent porteuses de la bactérie.

**Attention :** le traitement des semences à la streptomycine est homologué au Canada toutefois, ce traitement peut s'avérer toxique pour certains cultivars de crucifères. Prière de se référer aux agronomes du ministère de l'agriculture de votre province pour les recommandations en vigueur.

**Production de transplants**
La présence en serre de plantules infectées par *X. campestris* pv. *campestris* ne peut être négligée. Les bactéries présentes à la surface des cotylédons peuvent se révéler un problème au cours de la période de croissance en serre car elles peuvent être dispersées de plants en plants sous l'action de la rampe d'irrigation. En effet, l'impact des gouttes d'eau pulvérisées sur le feuillage provoque la formation d'aérosols et de micro-gouttelettes qui transportent les bactéries sur une courte distance, sur un même plant ou d'un plant à un autre.

À ce stade, il est difficile, voire impossible, de distinguer les symptômes de la nervation noire car les conditions climatiques requises pour produire des transplants de qualité sont souvent trop fraîches pour que les symptômes s'expriment sur les feuilles. La bactérie colonise les feuilles qui restent d'apparence saine et elle peut survivre quelque temps sous cette phase latente. Si les conditions environnementales suivant la transplantation des plantules sont propices au développement de la nervation noire, il y aura explosion des symptômes en champ. Plus il y a de foyers de contamination, plus l'infection progresse rapidement.

### Régie au champ

***Élimination des plants infectés*** Un dépistage précoce des plants infectés en serre et en champ ainsi que le retrait des feuilles infectées peut aider à diminuer les dommages de la nervation noire. Éviter toutefois les amas de débris de crucifères potentiellement infectés à proximité des champs de production pour diminuer les risques de dispersion par les pluies, les insectes et les humains. (Voir *Débris de culture* ci-après)

***Transplantation*** Après leur transplantation au champ, les plants contaminer pourront infecter les plants voisins sur une distance plus ou moins grande selon le vent, les pluies, l'irrigation par aspersion, les insectes, la machinerie agricole et les humains. Il a été démontré que l'impact des gouttes de pluie sur des feuilles de choux en guttation est un excellent moyen de propagation de la bactérie responsable de la nervation noire.

***Rotation des cultures*** Pour éliminer les bactéries ayant survécues dans les débris, une rotation des cultures de trois ans est recommandée en alternance avec des cultures non apparentées aux crucifères. Les plantes de la famille des solanacées (tomates, piments, pommes de terre) et des cucurbitacées (concombres, melons) sont immunisées contre la nervation noire.

***Débris de culture*** Des expériences effectuées dans l'État de Georgie et dans la région de Moscou ont démontré la survie de *X. campestris* pv. *campestris* dans le sol protégé par des débris de culture de choux pendant une période approximative de deux années. Ces même études révèlent que l'agent pathogène peut également survivre librement dans le sol durant 40 à 60 jours. Une autre étude effectuée dans l'État de Washington a démontré la présence de la bactérie dans les débris de choux infectés aussi longtemps que ces débris ne sont pas entièrement décomposés.

Pour fournir des indications concernant la survie de la bactérie sous les conditions hivernales du Québec, une expérience du CRDH co-financée par (AJMQ) a permis d'étudier la survie de l'agent pathogène sous les conditions climatiques de la Montérégie. Les résultats ont démontré que la capacité de survie à l'hiver de *X. campestris* pv. *campestris* était supérieure en présence de débris de culture de choux peu décomposés, ce qui peut provoquer une infection massive des choux dans un champ en pleine production.

Les débris de choux présents dans les champs à l'automne, à la surface ou enfouis dans le sol, sont rarement complètement décomposés après la période hivernale. Pour favoriser leur décomposition et par le fait même réduire la population totale des bactéries présentes dans les débris, il faudra les déchiqueter avant de les incorporer au sol à l'automne; l'addition d'azote et de compost accélèrera également le processus.

***Répression des hôtes secondaires*** Les mauvaises herbes surtout celles de la famille des crucifères constituent une source de contamination non négligeable. Un sarclage et l'ajout d'herbicides les jours suivant la transplantation aideront à diminuer leur taux de germination au cours de l'été.

Ces hôtes secondaires servent de support physique aux bactéries, permettent leur multiplication et deviennent une source majeure d'inoculum. Parfois, les mauvaises herbes présentent les symptômes typiques de la nervation noire mais la plupart du temps, elles sont asymptomatiques. Les pluies combinées à de forts vents assurent la dissémination des bactéries vers d'autres plantes, sensibles ou non à la maladie. Des expériences effectuées en Georgie et en Californie indiquent que *X. campestris* pv. *campestris* peut être dispersé sur une distance de plus de douze mètres d'une mauvaise herbe à un chou et le contaminer si les conditions sont propices au développement de la maladie. Si le niveau de nervation noire est important dans un champ de production de choux, la proportion de mauvaises herbes infectées présentes dans les environs sera plus élevée. Dans ce cas, il est possible que la distance maximale de dispersion estimée soit alors supérieure à douze mètres.

Voici quelques exemples de mauvaises herbes de la famille de crucifères pouvant servir de support à *X. campestris* pv. *campestris* : la moutarde des oiseaux (*Brassica campestris*), la moutarde noire (*Brassica nigra*), la moutarde des champs (*Sinapsis arvensis*), la bourse-à-pasteur

(*Capsella bursa-pastoris*), la lépidie (*Lepidium* sp.) et le radis sauvage (*Raphanus Raphanistrum*). Une attention particulière doit leur être portée.

***Irrigation et drainage*** Simulant l'action des pluies, l'irrigation par aspersion devrait être utilisée avec modération dans les champs présentant la nervation noire à cause des éclaboussures qui permettent la dispersion de la bactérie. La sélection d'un champ bien drainé et assurant une bonne circulation de l'air sera préférable aux champs où l'eau pourrait s'accumuler et offrir un milieu propice au développement de la bactérie.

***Lutte contre les insectes*** Pour minimiser les blessures, portes d'entrée des bactéries, il importe de contrôler la mouche du chou, les vers gris et les larves de lépidoptères selon les recommandations prescrites par votre ministère provincial de l'agriculture.

### Hygiène agricole

Pour diminuer les risque de contamination, utiliser serres, machineries agricoles, rampe d'irrigation, et plateaux propres et désinfectés avec une eau javellisée. Éviter d'intervenir lorsque les plants sont humides après une rosée ou une pluie. Éviter le passage de la machinerie agricole d'une section infectée d'un champ vers une section exempte de la maladie. Après avoir travaillé dans un champ infecté, se laver les mains et désinfecter bottes et vêtements de travail.

### Variétés résistantes ou tolérantes

Seulement deux variétés de choux sont considérées comme résistantes à la nervation noire. Il s'agit de <<Early Fuji>> développée au Japon et de <<Badger Inbreds>> créée aux États-Unis. Au Québec, les variétés de choux employés présentent différents niveaux de résistance à la nervation noire mais certains semblent plus sensibles que d'autres à la maladie.

Une étude effectuée au CRDH a permis de comparer la sensibilité à la bactériose de plusieurs variétés de choux et de choux-fleurs couramment utilisées. Suite à cette recherche, quatre cultivars de choux se sont démarqués par leur tolérance à la nervation noire. Il s'agit des cultivars <<Tenacity>>, <<Pacifica>>, <<Izalco>> et <<Tristar>>. Le cultivar <<Albion>>, démontrant une bonne tolérance au cours de la saison, s'est révélé très sensible aux pourritures molles au moment de la récolte. Un seul cultivar de chou-fleur, <<White Rock>>, a démontré une tolérance à la nervation noire. Voir Tableau 1.

## EN RÉSUMÉ...

Malgré toutes les recherches intensives portant sur la nervation noire, le problème est toujours présent ou latent années après années. Un usage adéquat des méthodes prophylactiques suppose une connaissance approfondie des principales sources de contamination (Figure 2), dont voici un bref résumé :

- Infection des lots de semences de crucifères par la nervation noire sous le seuil de détection.
- Production, en serre, de transplants infectés par *X. campestris* pv. *campestris*. Souvent, à ce stade, la bactérie est latente à la surface des jeunes feuilles. Les plantules semblent alors être saines.
- Après transplantation au champ, développement des symptômes de la nervation noire si les conditions environnementales sont propices.
- Présence de débris de choux en décomposition et de mauvaises herbes dans les champs assurant une infection secondaire.
- Dispersion de la bactérie sous l'action des pluies, des insectes, de la machinerie agricole, des humains, de l'irrigation par aspersion et réinfection des choux voisins via les hydathodes, les stomates et des blessures.
- Réinfection possible d'un plant contaminé par le ruissellement de l'eau.
- Infection par des parasites secondaires en entreposage.

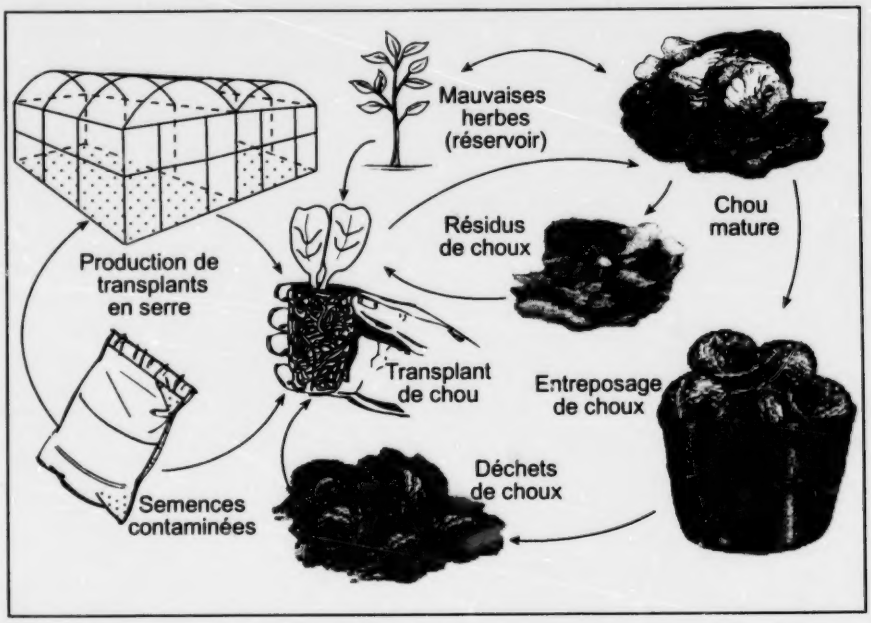



Figure 2. Schéma de survie de la bactérie pathogène.

Tableau 1. Sensibilité de différents cultivars de choux et de choux-fleurs (CF) à la nervation noire

| Sensible | Peu sensible |
|---|---|
| Danish Ball (CF) | Pacifica |
| Lennox | Izalco |
| Storage 4 | Albion |
| Rocket F1 | Tenacity |
| Incline (CF) | White Rock (CF) |
| Amtrack | |
| Tristar | |
| Yukon (CF) | |
| Andes (CF) | |
| Hilton | |
| Quisto | |

**Suggestions de site web intéressants**

http://axp.ipm.ucdavis.edu/PMG/r108100211.htm
http://ohioline.ag.ohio-state.edu/hyg-fact/3000/3125.htm
http://www.elders.com.au/Elders/merch/hortic/hrdc/vg/vg204.htm
http://www.orst.edu/dept/botany/epp/guide/C/cabaurot.htm
http://www.acesag.auburn.edu/department/ipm/blackrot.htm

## RÉFÉRENCES

Alvarez, A.M., J.J. Cho et T.M. Hori. 1987. Black rot of cabbage in Hawaii. Hawaii Agricultural Experiment Station Research Series 051-08.87. 20p.

**REMERCIEMENTS**

Merci à l'Association des jardiniers maraîchers du Québec, à M. Alain Gravel, à M. Georges Simioni et à Messieurs Réjean et Gilles Boulé pour leur contribution et leur collaboration à ce projet.

**COMMANDE POSTALE**

Ce feuillet technique est disponible gratuitement à l'adresse suivante :
Demande de publications
Centre de R&D en horticulture
430, boul. Gouin
Saint-Jean-sur-Richelieu, Qc
CANADA J3B 3E6

Dzhaliliov, F.S. et R.D. Tiwari. 1995. Soil and cabbage plant debris as infection sources of black rot. Arch. Phytopath. Pflanz. 29 : 383-386.

Kocks, C.G. et J.C. Zadoks. 1996. Cabbage refuse piles as sources of inoculum for black rot epidemics. Plant Disease. 80 : 789-792.

Lacroix, M. 1998. Distinction entre la nervation noire et la tache bactérienne des crucifères. Fiche sur les problèmes phytosanitaires (feuillet # 98-2). Gouvernement du Québec, Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation, Direction générale des affaires régionales.

Rat, B. et J.-F. Chauveau. 1985. La nervation noire des crucifères. Phytoma. Juillet-août 1985 : 41-42.

Schaad, N.W. et J.C. Dianese. 1981. Cruciferous weeds as sources of inoculum of *Xanthomonas campestris* in black rot of crucifers. Phytopathology. 71 : 1215-1220.

Schaad, N.W. et W.C. White. 1974. Survival of *Xanthomonas campestris* in soil. Phytopathology. 64 : 1518-1520.

Schaad, N.W., W.R. Sitterly et H. Humaydan. 1980. Relationship of incidence of seedborne *Xanthomonas campestris* to black rot of crucifers. Plant Disease. 64 : 91-92.

Schultz, T. et R.L. Gabrielson. 1986. *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* in Western Washington crucifer seed fields : occurence and survival. Phytopathology. 76 : 1306-1309.

Williams, P.H. 1980. Black rot : A continuing threat to world crucifers. Plant Disease. 64 (8) : 736-742.